



①9 BUNDESREPUBLIK
DEUTSCHLAND



DEUTSCHES
PATENTAMT

⑫ **Offenlegungsschrift**
⑩ **DE 40 13 713 A 1**

⑤1 Int. Cl.⁵:
G 01 N 33/533
G 01 N 21/76
// C09K 11/06, C09B
57/02

②1 Aktenzeichen: P 40 13 713.9
②2 Anmeldetag: 28. 4. 90
④3 Offenlegungstag: 31. 10. 91

DE 40 13 713 A 1

⑦1 Anmelder:
Bayer AG, 5090 Leverkusen, DE

⑦2 Erfinder:
Hugl, Herbert, Dipl.-Chem. Dr., 5060 Bergisch
Gladbach, DE; Kuckert, Eberhard, Dipl.-Chem. Dr.,
5090 Leverkusen, DE; Möbius, Dietmar, Dipl.-Chem.
Dr., 3401 Waake, DE; Ohst, Holger, Dipl.-Chem. Dr.,
5068 Odenthal, DE; Rolf, Meinhard, Dipl.-Chem. Dr.,
5090 Leverkusen, DE; Rosenkranz, Hans-Jürgen,
Dipl.-Chem. Dr.; Schopper, Heinrich-Christian,
Dipl.-Phys. Dr.; Siegmund, Hans-Ulrich, Dipl.-Chem.
Dr., 4150 Krefeld, DE; Sommer, Klaus, Dipl.-Phys.
Dr., 5000 Köln, DE; Wehrmann, Rolf, Dipl.-Chem. Dr.,
4150 Krefeld, DE

⑤4 Optischer Biosensor

- ⑤7 Ein neuer optischer Biosensor auf der Basis des Fluoreszenz-Energietransfers besteht aus
- a) einem festen Träger,
 - b) einer auf a) angebrachten ein- oder mehrlagigen Langmuir-Blodgett(LB)-Schicht,
 - c) mindestens einem Fluoreszenzfarbstoff F_1 , der in mindestens einer der oberen 4 Lagen der LB-Schicht angeordnet ist,
 - d) einem zur spezifischen Wechselwirkung befähigten Molekül (Rezeptor), das in oder an der obersten Lage der LB-Schicht gebunden oder angeordnet ist, und
 - e) einem mobilen Fluoreszenzfarbstoff F_2 , dessen Anregungsbande für einen Energietransfer ausreichend mit der Emissionsbande von F_1 überlappt und der
 - e1) kovalent an einen Liganden gebunden ist, der an den Rezeptor bindungsfähig ist oder der
 - e2) kovalent an einen anderen Rezeptor gebunden ist, der an den Komplex aus erstem Rezeptor und Ligand bindungsfähig ist,wobei der Ligand bzw. der Ligand und der zweite Rezeptor zunächst nicht an die LB-Schicht gebunden sind.

DE 40 13 713 A 1

Beschreibung

Die vorliegende Erfindung betrifft einen optischen Biosensor mit einem neuartigen Aufbau für eine Detektionsmethode für Moleküle, die mit einem Fluoreszenzfarbstoff markiert sind, zur Erkennung gelöster Substanzen oder gelöster Analyte, die sich beispielsweise wie Antigen und Antikörper verhalten. Es handelt sich hierbei um einen Festphasensensor mit Fluoreszenzfarbstoff, der einen Energietransferprozeß auf ein zu detektierendes, mit einem zweiten Fluoreszenzfarbstoff markiertes Molekül erlaubt.

Es gibt verschiedene Methoden, Analyten, wie Hormone, Enzyme, andere Proteine, Kohlenhydrate, Nucleinsäuren, pharmakologische Wirkstoffe, Toxine und andere, in flüssigen Proben biologischen Ursprungs nachzuweisen. Unter den bekannten Methoden ragen speziell Immunoassays als eine empfindliche Nachweismethode zur Bestimmung sehr kleiner Mengen organischer Substanzen heraus. Immunoassay-Methoden beruhen allgemein auf der Fähigkeit eines Rezeptormoleküls, beispielsweise eines Antikörpers, die Struktur und molekulare Organisation eines Ligandenmoleküls, sei sie durch unpolare und/oder polare Wechselwirkungen definiert, spezifisch zu erkennen und dieses Molekül auf derartige Weise ganz spezifisch zu binden.

Immunoassays werden mit verschiedenen Methoden durchgeführt. Dazu zählen der Einsatz verschiedener Markierungstechniken, meist radioaktiver, enzymgekoppelter und auch fluoreszierender Natur (Methods in Enzymology, 74 (1981), 28 – 60).

Einige dieser bekannten Immunoassay-Methoden beinhalten die Verwendung von Fluoreszenzfarbstoff-Molekülen F_1 , die in der Lage sind, Licht einer Wellenlänge λ_1 zu absorbieren und Licht einer zweiten, größeren Wellenlänge λ_2 zu emittieren. In Gegenwart eines anderen Fluoreszenzfarbstoff-Moleküls F_2 erfolgt unter bestimmten Bedingungen nach der Anregung von F_1 durch Licht der Wellenlänge λ_1 eine strahlungslose Energieübertragung auf F_2 , der dann seinerseits Licht einer dritten, noch größeren Wellenlänge λ_3 emittiert.

Dieses Prinzip des Energietransfers ist von Förster in der Theorie beschrieben worden und ist Anregung für vielerlei mögliche Anwendungen gewesen (Annual Reviews in Biochemistry 47 (1978), 819 – 846). Eine wichtige Eigenschaft dieses Energietransfers ist dabei seine Abstandsabhängigkeit. Die Wirksamkeit der Energieübertragung nach Förster wird durch den kritischen Radius R_0 , nämlich den Abstand zwischen Donor und Akzeptor, beschrieben, bei dem der intermolekulare Energietransfer gleich wahrscheinlich wie die Summe aller anderen Desaktivierungsprozesse des Donors ist. Dieser Abstand beträgt etwa 50 – 100 Å.

Es sind bereits Immunoassays beschrieben worden, die auf der Ausnutzung des abstandsabhängigen Energietransfers beruhen. So wird in EP 1 50 905 ein in homogener Lösung arbeitender Immunoassay beschrieben, in dem Analyt bzw. Antigen mit einem Fluoreszenzfarbstoff F_1 markiert und der dazu spezifisch bindende Antikörper mit einem Fluoreszenzfarbstoff F_2 versehen wurde. Zum Nachweis der spezifischen Bindung und damit als analytische Methode wird die Tatsache genutzt, daß beim Einstrahlen von Licht der Wellenlänge λ_1 eine Emission der Wellenlänge λ_3 nur dann beobachtet werden kann, wenn Analyt und Antikörper in ausreichender Konzentration in für eine Energieübertragung nach Förster genügend kleinem Abstand vorliegen. Dies ist nur dann der Fall, wenn Analyt und Antikörper eine spezifische Bindung eingegangen sind.

In einem anderen Beispiel wird einer der beiden markierten Bindungspartner an einer Festkörperoberfläche angebracht und der entsprechend spezifisch bindende Partner aus einer homogenen Lösung gebunden. Wieder erfolgt der Nachweis der spezifischen Bindung, wie oben bereits erläutert, durch einen entsprechenden Energietransfer mittels der Evanescent-wave-Technologie (Nature 320 (1986), 179 – 181).

Sowohl der hier erwähnte Energietransfer in homogener Lösung als auch der beschriebene Festphasen-Immunoassay mit Energietransfer haben prinzipiell den Nachteil, daß die spezifisch miteinander bindenden Moleküle jeweils mit einem der beiden notwendigen Fluoreszenzfarbstoffe F_1 bzw. F_2 markiert werden müssen und gemäß Nature 320 (1986), 179 – 181 ein Verhältnis $F_1 : F_2$ von maximal 2 : 1 gestatten.

Es sind bereits Methoden beschrieben worden, mit denen die durch das Verhältnis der beiden Fluoreszenzfarbstoffe F_1 und F_2 limitierte Empfindlichkeit des fluoreszenzspektroskopischen Nachweises zu verbessern ist. So wird in EP 1 74 744 vorgeschlagen, mehrere organische Farbstoffmoleküle gleichzeitig an ein "lichtsammelndes" Protein kovalent zu binden, d. h. es erfolgt ein Energietransfer mehrerer organischer Farbstoffmoleküle an nur ein Akzeptormolekül, nämlich in EP 1 74 744 ein Phycobiliprotein (Allophycocyanin). Dieses Molekülsystem wiederum wird dann als ein "Marker" für andere biologische Moleküle vorgeschlagen. Die Methode wird begrenzt durch das Farbstoff : Protein-Kupplungsverhältnis.

Weiterhin ist ein Nachteil der aufgeführten Systeme dadurch gegeben, daß komplementäre Systeme jeweils spezifisch markiert werden müssen und damit nicht vielseitig verwendet werden können. Ein weiterer Nachteil dieser in heterogener Phase aufgebauten Systeme ist die spezielle verwendete Evanescent-wave-Technik. Zudem ist die Fixierung der spezifisch bindenden Moleküle an die Festkörperoberfläche über ein System aus Kupplungskomponente/Antikörper/Antigen/Antikörper präparativ sehr aufwendig. Ein weiterer prinzipieller Nachteil dieser Festphasen-Technologie bei Immunoassays ist die reproduzierbare Herstellung von Beschichtungen der Testmatrix mit den Reaktanden der Immunreaktion. Für analytische Methoden ist jedoch neben Empfindlichkeit und Selektivität bezüglich einer Zielsubstanz die Reproduzierbarkeit der Detektionsmethode ein wesentliches Qualitätsmerkmal.

Die vorliegende Erfindung betrifft einen neuartig aufgebauten Sensor für eine Detektionsmethode von mit Fluoreszenzfarbstoff markierten Molekülen zur Erkennung dieser gelösten Substanzen oder Analyte durch Energietransfer mit einer einfachen Fluoreszenztechnik und gesteigerter Empfindlichkeit in der Detektion sowie vielseitiger Anwendung bei unterschiedlichen Aufgaben und reproduzierbarer Herstellungsmöglichkeit für an Festkörperoberflächen gebundene Schichten. Neben dem deutlichen Gewinn an Sensitivität werden alle oben aufgeführten Nachteile gleichzeitig vermieden.

Die Erfindung betrifft einen optischen Biosensor auf der Basis des Fluoreszenz-Energietransfers, bestehend aus

- a) einem festen Träger,
- b) einer auf a) angebrachten ein- oder mehrlagigen Langmuir-Blodgett(LB)-Schicht,
- c) mindestens einem Fluoreszenzfarbstoff F_1 , der in mindestens einer der oberen 4 Lagen der LB-Schicht angeordnet ist,
- d) einem zur spezifischen Wechselwirkung befähigten Rezeptor-Molekül, das in oder an der obersten Lage der LB-Schicht gebunden oder angeordnet ist, und
- e) einem mobilen Fluoreszenzfarbstoff F_2 , dessen Anregungsbande für einen Energietransfer ausreichend mit der Emissionsbande von F_1 überlappt und der
 - e1) kovalent an einen Liganden gebunden ist, der an den Rezeptor bindungsfähig ist oder der
 - e2) kovalent an einen anderen Rezeptor gebunden ist, der an den Komplex aus erstem Rezeptor und Ligand bindungsfähig ist,
 wobei der Ligand bzw. der Ligand und der zweite Rezeptor zunächst nicht an die LB-Schicht gebunden sind.

Als Träger kommen alle dem Fachmann bekannten für die LB-Technik geeigneten Träger in Frage, wie Glas, Quarzglas, weitere Gläser, wie Li-niobat, Zinkselenid, Porzellan, Halbleitermaterialien, wie Germanium, GaAs oder Silizium sowie Metalle.

Weiterhin sind geeignet: Kunststoffe, wie Polymethylmethacrylat, Polycarbonat, Polystyrol und andere sowie metallisierte Kunststoffe. Die festen Trägermaterialien können vor der Beschichtung auch oberflächenmodifiziert werden, beispielsweise Glas oder Quarz oder Silizium durch Vorbehandlung mit Trichlormethylsilan, Dichlordimethylsilan, Trichloroctadecylsilan, Hexamethyldisilazan oder durch Plasmaätzung bzw. Plasmapolymerisation. In bevorzugter Weise handelt es sich um Träger aus gegebenenfalls oberflächenmodifiziertem Glas, Quarzglas, Silizium, Kunststoff oder eine metallisierten Kunststoff. Weiterhin bevorzugte Träger sind optisch transparent. Alle Trägermaterialien sind weiterhin durch eine gleichmäßige Oberfläche, bevorzugt durch eine ebene Oberfläche, ausgezeichnet.

Auf solche Träger werden mit Hilfe der LB-Technik eine oder mehrere monomolekulare Schichten aufgebracht. Unter LB-Technik wird im folgenden ein Verfahren zur Übertragung von monomolekularen Schichten von einer Flüssigkeits-(Wasser-) oberfläche auf einen festen Träger nach dem Langmuir-Blodgett-Verfahren verstanden. Dazu taucht man in an sich bekannter Weise einen festen Träger mit im wesentlichen glatter Oberfläche durch einen komprimierten monomolekularen Film auf der Flüssigkeitsoberfläche und überträgt dadurch diesen Film auf den Träger.

Durch mehrmaliges Ein- und Austauschen lassen sich hierdurch Mehrschichtsysteme herstellen. Die Schicht auf der Flüssigkeitsoberfläche kann nach jedem Tauchvorgang ausgetauscht werden, so daß unterschiedliche Folgen von Schichten auf dem Träger herstellbar sind.

Das Ein- bzw. Austauschen kann senkrecht oder schräg zur Flüssigkeitsoberfläche erfolgen. Des weiteren kann gemäß der Langmuir-Schäfer-Technik der Träger auch punktuell oder mit einer Kante die Flüssigkeitsoberfläche berühren und dann auf die Flüssigkeitsoberfläche geklappt werden. Schließlich kann der Träger auch parallel auf die Flüssigkeitsoberfläche abgesenkt werden ("horizontal dipping").

Die Übertragung findet bei einer Temperatur von $5-40^\circ\text{C}$, bevorzugt bei Raumtemperatur, statt.

Diese geordneten LB-Schichten können aus niedermolekularen und/oder polymeren Amphiphilen, bevorzugt aus polymeren Amphiphilen, bestehen und kovalent gebundene Fluoreszenzchromophore/farbstoffe und/oder amphiphile Fluoreszenzchromophore/farbstoffe, die im folgenden als F_1 bezeichnet werden, enthalten.

Weiterhin sind in diesen LB-Schichten funktionelle Moleküle als Rezeptoren, beispielsweise Glykolipide, Poly- und Oligonukleotide, Proteine oder Fragmente derselben, Haptene und andere, enthalten oder damit kovalent verknüpft. An diese Rezeptoren kann nun eine spezifische Bindung eines hierzu komplementären Moleküls (Ligand), wie eines Lectins, eines Antigens, eines Antikörpers und anderer, das mit einem zweiten, zu F_1 für einen Energietransfer passenden Fluoreszenzfarbstoff F_2 markiert ist, erfolgen. Im Falle der Bindung zwischen Rezeptor und Ligand soll zwischen F_1 und F_2 der sogenannte Förster-Abstand, wie er für den oben beschriebenen Energietransfer nötig ist, eingehalten werden. Diese Bedingung wird durch die Anwendung der LB-Technik gewährleistet, die eine gezielte molekulare Architektur, insbesondere in Dimensionen des hier interessierenden Bereiches von etwa $10-100\text{ \AA}$, gestattet. Wird das im Vorangegangenen beschriebene System nun mit Licht der Wellenlänge λ_1 angeregt, so läßt sich eine Emission des Fluoreszenzfarbstoffes F_2 mit einer Wellenlänge λ_2 detektieren, die als Nachweis für die Bindung des mit F_2 markierten Moleküls an der Sensoroberfläche, die mit F_1 dotiert ist, gilt. Die Anregung mit Licht der Wellenlänge λ_1 kann so erfolgen, daß F_1 in der LB-Schicht durch den optisch transparenten Träger hindurch in Transmission oder durch Evanescent-wave-Technik, wenn der optisch transparente Träger als Lichtleiter fungiert, oder aber durch Auflichtbestrahlung angeregt wird.

Die spezifische Wechselwirkung zwischen 2 zueinander komplementären Molekülen ist dem Fachmann auf dem Gebiet von biologisch, biochemisch und ganz besonders medizinisch (physiologisch) bedeutsamen Molekülen, etwa der oben genannten Art, bekannt. Solche Wechselwirkungen gehen letztendlich auf ionische Bindungen, Wasserstoffbrückenbindungen und van der Waalsche Kräfte zurück, die jedoch im Bereich der oben genannten Moleküle nur bei speziellen räumlichen (sterischen) Gegebenheiten wirksam werden (Schlüssel-Schloß-Theorie). Selbstverständlich kann der erfindungsgemäße Optische Biosensor auch zur Erkennung spezifischer Wechselwirkungen ohne solche speziellen räumlichen Gegebenheiten eingesetzt werden; dieser Einsatz ist insbesondere zur Überprüfung der Funktionstüchtigkeit, der Meßgenauigkeit und anderer Eigenschaften des erfindungsgemäßen Optischen Biosensors wichtig.

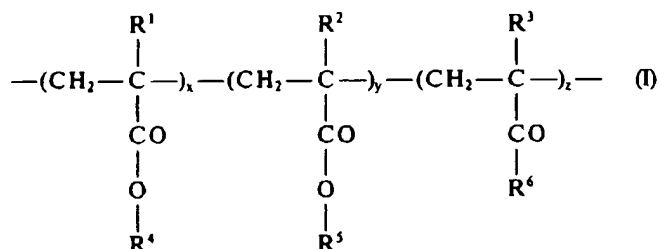
Der so beschriebene Sensoraufbau kann in dieser Funktion nicht nur einen in Lösung vorhandenen Analyten, der mit Fluoreszenzfarbstoff F_2 markiert ist, nachweisen; der Sensoraufbau kann auch genutzt werden, um in

einer kompetitiven Funktionsweise einen nicht fluoreszenzmarkierten Analyten nachzuweisen. Hierzu werden bei der Präparation des Sensors die spezifisch bindenden Stellen der funktionellen Moleküle in der LB-Schicht mit fluoreszenzmarkierten, komplementär bindenden Molekülen abgesättigt. Man beobachtet dann bei Anregung mit Licht der Wellenlänge λ_1 eine maximale Fluoreszenz-Emission der Wellenlänge λ_2 , deren Abnahme über einen zeitlichen Verlauf beobachtet werden kann, wenn bei Kontakt mit der zu untersuchenden Lösung die mit F₂ fluoreszenzmarkierten, komplementär bindenden Moleküle in einer Gleichgewichtsreaktion durch nicht fluoreszenzmarkierte, komplementär bindende Moleküle des gleichen Typs verdrängt werden.

Für den Aufbau von LB-Schichten verwendet man amphiphile Moleküle, d. h. Moleküle, die ein hydrophiles Ende (einen "Kopf") und ein hydrophobes Ende (einen "Schwanz") haben. Solche amphiphilen Moleküle können niedermolekulare Verbindungen mit einem Molekulargewicht von bis etwa 2000 g/mol sein. In einer weiteren Variante können diese niedermolekularen Amphiphile polymerisationsfähige bzw. zur Polykondensation und Polyaddition befähigte funktionelle Gruppen enthalten, so daß nach dem Aufbau der LB-Schichten aus niedermolekularen Amphiphilen in einer nachträglichen Reaktion in der LB-Schicht diese Amphiphile zu hochmolekularen Verbindungen verknüpft werden können. Diese nachträgliche Reaktion zu hochmolekularen Verbindungen ist deshalb von Vorteil, weil LB-Schichten aus polymeren Amphiphilen höhere thermische und mechanische Stabilitäten aufweisen.

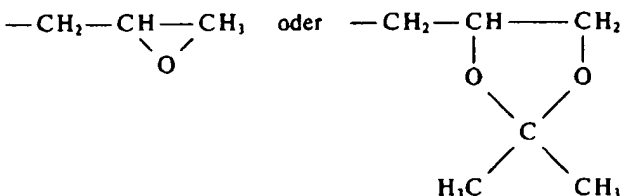
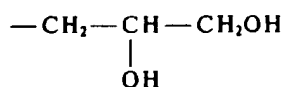
Besonders elegant lassen sich LB-Filme aus amphiphilen Polymeren herstellen, indem man die Verknüpfung der amphiphilen Einheiten herbeiführt, bevor diese dann in bekannter Weise auf der Flüssigkeitsoberfläche zu LB-Folien gespreitet werden. Die Verwendung solcher präpolymerisierter amphiphiler Polymere vermeidet so eine durch nachträgliche Polymerisation im LB-Film mögliche Störung des einmal hergestellten Ordnungszustandes.

Beispiele für polymere Amphiphile, wie sie für den erfindungsgemäßen optischen Biosensor geeignet sind, sind α -Olefin-Maleinsäureanhydrid-Copolymere (British Polymer Journal 17 (1985), 368 ff; J. Macromol. Sci.-Phys. B 23 (1985), 549 – 573), Polyoctadecyl-methacrylat, Polyvinylstearat (J. Coll. Interface Sci. 86 (1982), 485), Polyvinylphospholipide (Angew.- Chem. 100 (1988), 117 – 162), Cellulose-tristearat, amphiphile Polyamide (DE-OS 38 30 325) und Acrylamid-Copolymere. In bevorzugter Weise für die Herstellung stabiler LB-Schichten sind Polyurethane gemäß DE-OS 38 27 438 und Polyester gemäß DE-OS 38 30 862. Unter den polymeren Amphiphilen sei weiterhin ganz besonders auf statistische Poly(alkylmethacrylat)-Copolymere des folgenden Typs verwiesen, die in ihrer Zusammensetzung breit variierbar sind:



in der

R¹, R² und R³ unabhängig voneinander Wasserstoff oder Methyl darstellen,
R⁴ geradkettiges C₁₄–C₂₂-Alkyl ist,
R⁵ das Wasserstoff-, Natrium- oder Kaliumion ist oder eine der Gruppen

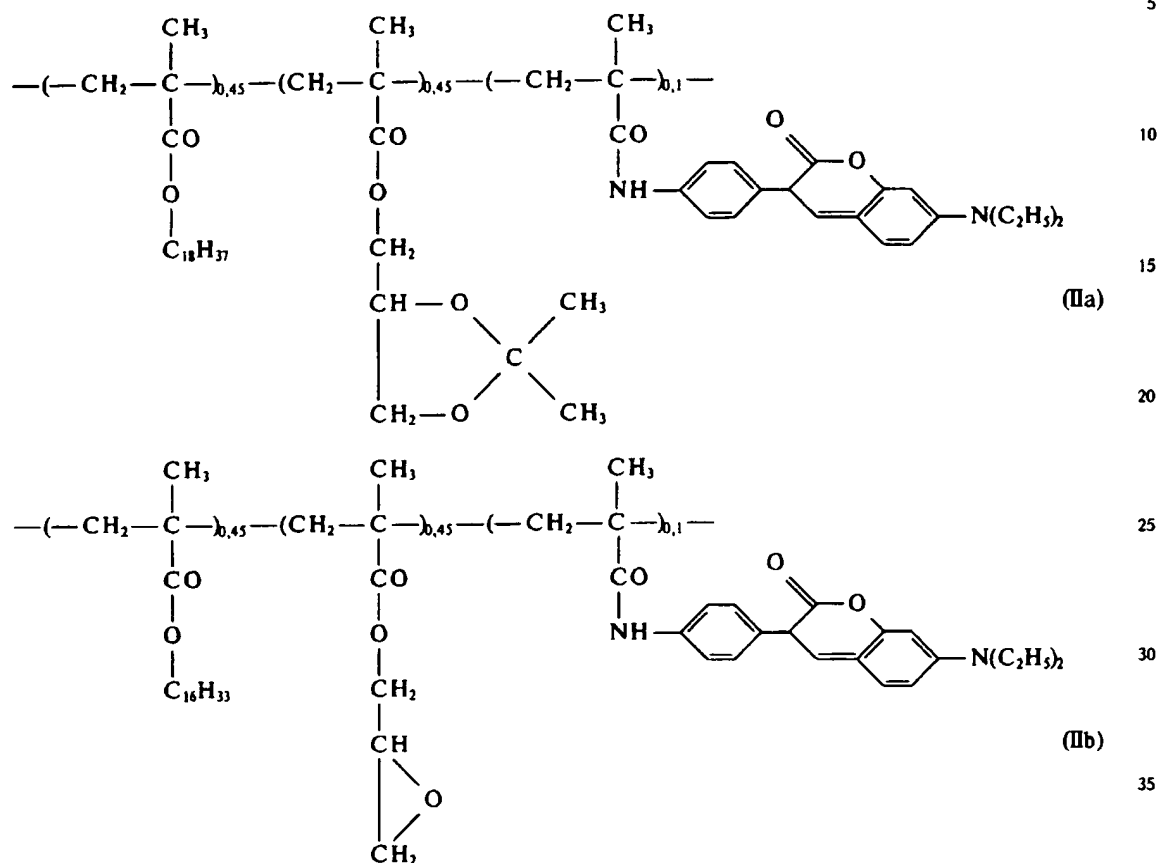


darstellt,

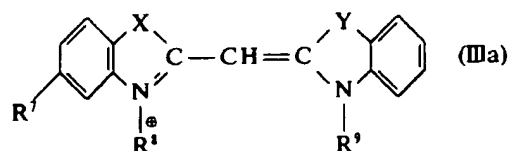
R⁶ ein dem Fachmann bekannter Fluoreszenzchromophor ist, wie er weiter unten dargestellt ist, und
x einen Wert von 0,2 – 1,
y einen Wert von 0 – 0,8 und
z einen Wert von 0 – 0,2 annimmt, wobei die Summe x + y + z = 1 beträgt.

In bevorzugter Weise sind x und y etwa gleich.

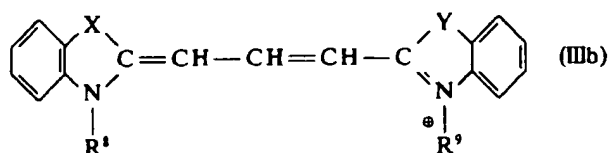
Beispiele für Polymere der Formel (I) sind die folgenden:



Bei den hier beispielhaft genannten Substanzen für LB-Mono- und -Multischichten ist der Fluoreszenzchromophor an das amphiphile Polymer kovalent geknüpft. Wenngleich diese Anordnung die größtmögliche Stabilität der F₁ enthaltenden LB-Schichten ermöglicht, ist es aber auch möglich, F₁ enthaltende LB-Schichten durch Cospreiten eines amphiphilen Polymers mit amphiphilen Fluoreszenzfarbstoffen auf der Wasseroberfläche vor dem Beschichtungsvorgang zu erzielen. Als Beispiele für solche amphiphilen Fluoreszenzfarbstoffe, die mit amphiphilen Polymeren, welche keine Chromophore enthalten, gemeinsam eingesetzt werden können, sind etwa Cyaninfarbstoffe der Typen



und



in denen

X und Y unabhängig voneinander für Sauerstoff, Schwefel oder Selen,

R⁷ Wasserstoff oder Methyl bedeutet und
R⁸ und R⁹ unabhängig voneinander für geradkettiges C₁–C₂₂-Alkyl stehen.

Weitere Beispiele für dem Fachmann grundsätzlich bekannte und erfindungsgemäß einsetzbare Fluoreszenz-
5 farbstoffe sind Farbstoffe der folgenden Typen:

10

15

20

25

30

35

40

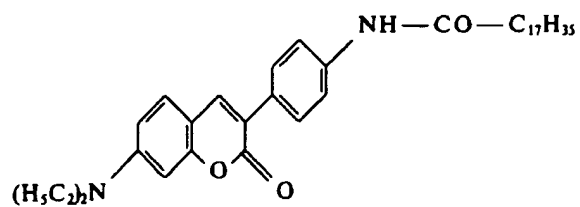
45

50

55

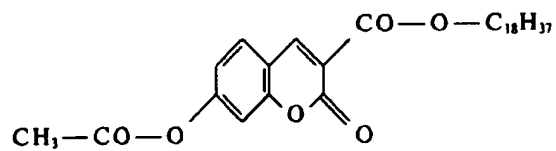
60

65



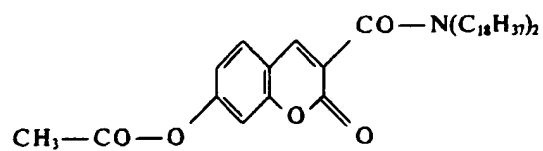
(IVa)

5



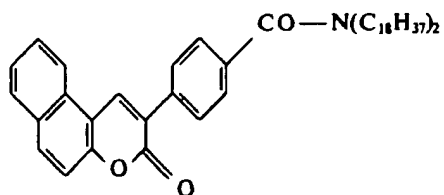
(IVb)

10



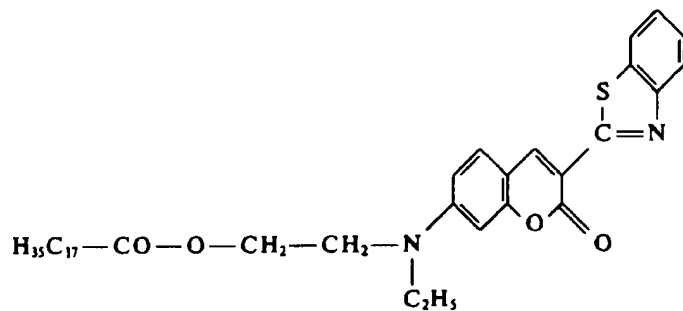
(IVc)

15



(IVd)

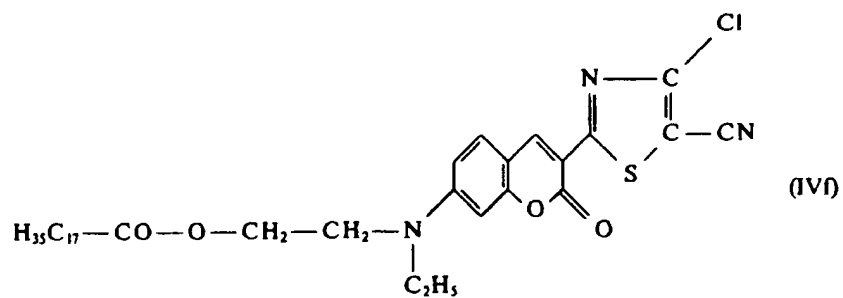
20



(IVe)

25

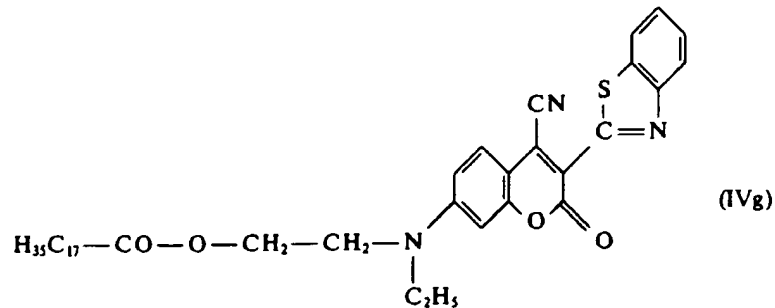
30



(IVf)

40

45

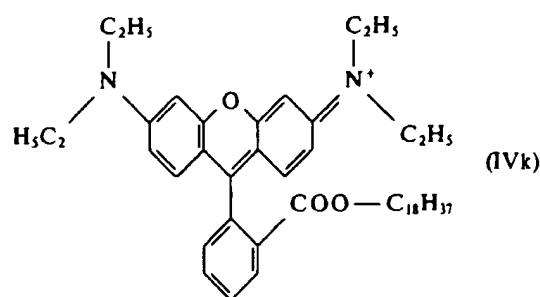
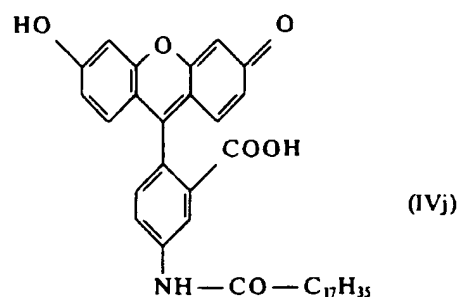
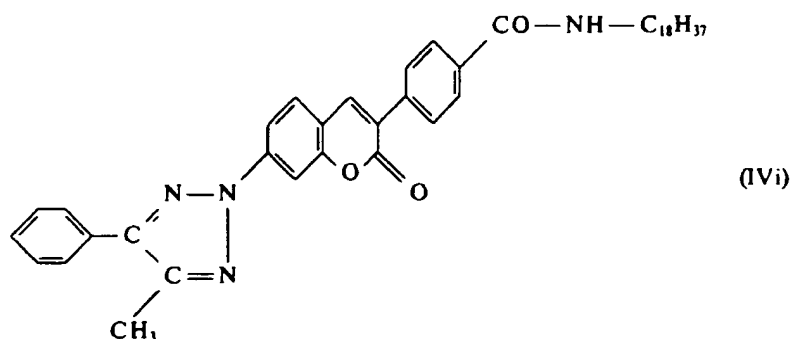
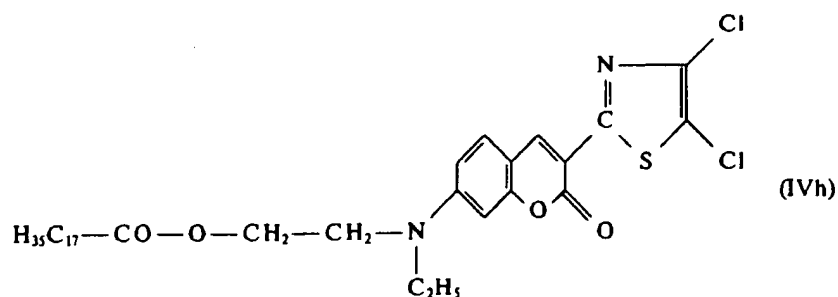


(IVg)

55

60

65

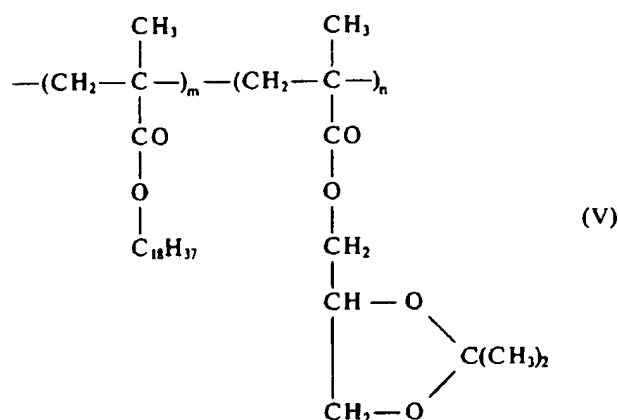


ClO_4^-

55 Diese Aufzählung ist nur beispielhaft. Weitere amphiphile Fluoreszenzfarbstoffe sind beschrieben in der Monographie Physical Methods of Chemistry, Vol. 1, Part. 3B, S. 577 ff., John Wiley, New York 1972. Will man solche amphiphile Fluoreszenzfarbstoffe in LB-Schichten einbringen, muß auf eine gleichmäßige Verteilung des Farbstoffs in der gesamten Schicht geachtet werden. So ist zu vermeiden, daß die Übertragung einzelner Schichten je nach Temperatur (typisch 5–40°, vorzugsweise etwa 20°C) bei einem solchen angelegten Schub erfolgt, bei dem ein Coexistenzbereich der festanalogen- und flüssiganalogen Phase durchlaufen wird. Dies ist wichtig, da der amphiphile Fluoreszenzfarbstoff in der Regel in den beiden Phasen nicht die gleiche Löslichkeit besitzt und so inhomogene, für die Sensoranwendung weniger geeignete Schichten gebildet werden. Diese Erscheinung ist bei LB-Schichten aus niedermolekularen Substanzen bekannt (Angew. Chem. 100 [1988], 750); auch bei polymerisierten Phospholipiden ist diese Erscheinung beobachtet worden (Polymer Sci. 267 [1989], 97–107).

Bei der Herstellung erfindungsgemäßer optischer Biosensoren wurde überraschenderweise gefunden, daß LB-Schichten aus Polymeren der Formel (II) beim Anlegen von Schüben bis zum Zusammenbruch der LB-Schicht bei >45 mN/m Schub nicht zur Ausbildung phasenseparierter Domänen neigen. Dies gilt neben Poly-

meren der Formel (II) auch für eine Mischung aus einem Polymer vom Typ der Formel (V) und einem Farbstoff, beispielsweise der Formel (IVa), wobei das Polymer vom Typ der Formel (V) als "Matrix" anzusehen ist, in welcher sich 0,1 bis 25 Mol-% des amphiphilen Farbstoffs aufhalten können, wobei beim Polymer die Wiederholungseinheiten zur Berechnung der Molprocente herangezogen werden:



worin

m Werte von 0,25—1 und

n Werte von 1—m annimmt.

In bevorzugter Weise nimmt m Werte von 0,4—0,6 an.

Derart hergestellte LB-Schichten zeigen sowohl auf Wasser als Subphase als auch nach dem Übertragen auf einen festen Träger lichtmikroskopisch homogene Schichten ohne Störungen und sind für die erfindungsgemäßen Biosensoren besonders geeignet.

Bei Systemen mit phasenseparierten Domänen kann aber auch eine hohe Empfindlichkeit des erfindungsgemäßen optischen Biosensors erreicht werden, wenn Fluoreszenzfarbstoffe F_1 als Donor in LB-Schichten verwendet werden, die aufgrund ihres speziellen Verhaltens Aggregate mit fluoreszenzspektroskopischen Eigenschaften bilden, die von denen des monomeren Farbstoffs sehr verschieden sind und die sich in der Regel durch eine entsprechend schärfere und intensivere Absorptionsbande und entsprechend schärfere und intensivere Fluoreszenz-Emissionsbande auszeichnen. Solche Aggregate sind dem Fachmann als J-Aggregate oder Scheibe-Aggregate bekannt (Physical Methods of Chemistry, Vol. 1, Part. 3B, S. 579, John Wiley, New York 1972). Mit dem speziellen Verhalten solcher J-Aggregate kann zum einen eine sehr hohe Farbstoffdichte F_1 in den LB-Schichten und zum anderen aufgrund der starken Absorption von Licht der Wellenlänge λ_1 eine hohe Energiedichte, die nach der Theorie von Förster auf entsprechende Moleküle F_2 übertragen werden kann, erreicht werden. Die geringe Halbwertsbreite der Emissionsbande bedeutet sowohl einen Verstärkungseffekt des Meßsignals, als auch eine Verminderung der Störstrahlung durch geringere Überlappung der Emissionen von F_1 mit F_2 .

Fluoreszenzfarbstoffe, die in LB-Schichten in der Lage sind, J-Aggregate zu bilden, sind in der obengenannten Literatur beschrieben worden. Beispielhaft seien genannt: Cyaninfarbstoffe und Merocyanine.

Der Einbau funktioneller Moleküle in die den Fluoreszenzfarbstoff F_1 enthaltende LB-Schicht kann auf unterschiedliche Art und Weise erfolgen:

- Das funktionelle Molekül kann kovalent, gegebenenfalls unter Verwendung von Spacer-Molekülen, an die LB-Schicht geknüpft sein, sei es von Beginn des Spreitungsvorganges auf der Wasseroberfläche an oder durch eine nachträgliche Kupplungsreaktion an die LB-Schicht entweder auf der Subphase oder nach Aufbringen der LB-Schicht auf einen festen Träger.
- Das funktionelle Molekül kann als Amphiphil mitgespreitet und so physikalisch mit "Anker" in die LB-Schicht eingebaut werden.

Für beide Einbauvarianten sind aus der Literatur Methoden bekannt. Beispielsweise kann die Verknüpfung biologischer funktioneller Gruppen an LB-Schichten auf feste Träger in analoger Weise zu den aus der Biochemie dem Fachmann bekannten Immobilisierungsmethoden erfolgen (Methods in Enzymology, Vol. 135 und Vol. 136 (1987)). Mit langen Alkylketten versehene Moleküle werden in DE-OS 35 46 150 als Membrananker-Wirkstoffkonjugate in großer Auswahl genannt und können durch Cospreiten auf der Subphase in den LB-Film eingebaut werden. Als ein Beispiel für solche amphiphile funktionelle Moleküle seien Glykolipide, beispielsweise Ceramide, genannt. Weitere Beispiele sind Antikörper/Antigen-Systeme sowie komplementäre Nucleotidsequenzen. Eine große Anzahl solcher Beispiele ist dem Fachmann bekannt (Angew. Chem. 100 (1988), 117—162).

Entscheidend für die Steigerung der Empfindlichkeit des Sensorsystems ist ein möglichst hohes Verhältnis $F_1 : F_2$ innerhalb des "Förster-Radius" und damit eine entsprechende Verstärkung des Fluoreszenzsignals eines mit F_2 markierten Moleküls nach erfolgter Bindung an eine mit F_1 dotierte Oberfläche. Es ist demnach vorteilhaft, möglichst viele F_1 -Chromophore in den obersten LB-Schichten, insbesondere in den obersten vier Lagen

einzubringen. In besonders bevorzugter Weise ist der Farbstoff F_1 in mindestens einer der beiden oberen Lagen angeordnet.

Wenngleich in der Fluoreszenzspektroskopie üblicherweise Konzentrationen an Fluoreszenzfarbstoff unter 1% verwendet werden, um Wechselwirkungen zwischen den einzelnen Farbstoffmolekülen und damit Änderungen ihres Fluoreszenzverhaltens zu vermeiden, ist es im erfindungsgemäßen optischen Biosensor dennoch vorteilhaft, den Fluoreszenzfarbstoff F_1 in hohen Konzentrationen in die LB-Schichten einzubringen. Insbesondere polymere amphiphile Fluoreszenzfarbstoffe zeigen eine geringere Tendenz zur Eigenlöschung und Excimerbildung bei Farbstoffkonzentration von 0,1 – 25 Mol-%. Der gleiche Konzentrationsbereich erweist sich auch als vorteilhaft für den Fall, daß isolierte Chromophore gleichmäßig in der LB-Schicht verteilt sein sollen. Im besonderen Fall der Scheibe-Aggregate ist hingegen die Assoziation von Chromophoren erwünscht. Diese Assoziation tritt bevorzugt bei Farbstoffkonzentrationen oberhalb von 25 Mol-% bis zu 100 Mol-% (ohne polymere Matrix) ein.

Der erfindungsgemäße optische Biosensor zeigt weiterhin den Vorteil, daß unabhängig von den in die Schicht der festen Phase eingebrachten funktionellen Molekülen der für das Prinzip des Energietransfers erforderliche Farbstoff F_1 frei wählbar in weiten spektralen Bereichen in die LB-Schicht eingebracht werden kann. Dies bedeutet, daß zum einen das funktionelle Molekül nicht spezifisch mit F_1 markiert werden muß und zum anderen der spektrale Bereich von F_1 optimal für einen Energietransfer auf den als Marker verwendeten Farbstoff F_2 abgestimmt werden kann. Beispiele von Paaren sind:

	F_1	F_2
a)	Polymer (IIa)	TRITC
b)	Cyanin (IIIb) mit $X = Y = O$, $R^7 = H$, $R^8 = R^9 = C_{18}H_{37}$	TRITC
c)	Cyanin (IIIa) mit $X = Se$, $Y = S$, $R^7 = CH_3$, $R^8 = R^9 = C_{18}H_{37}$	FITC

TRITC = Tetramethylrhodamin-isothiocyanat.
FITC = Fluorescein-isothiocyanat.

Im erfindungsgemäßen optischen Biosensor wird wie beschrieben die Steigerung der Empfindlichkeit des fluoreszenzspektroskopischen Nachweises dadurch erreicht, daß eine möglichst hohe Farbstoffkonzentration F_1 in die LB-Schicht eingebracht wird und somit mehrere Moleküle F_1 in den für den Energietransfer auf ein an die Schicht gebundenes Molekül F_2 notwendigen "Förster-Radius" gelangen. Dieser Aufbau, eine möglichst hohe Farbstoffdichte F_1 im LB-Schichtsystem neben dem Rezeptor, erlaubt im Gegensatz zu den bisher bekannten, auf Energietransfer beruhenden Nachweismethoden eine viel günstigere Ausnutzung dieses Meßprinzips und damit eine deutlich erhöhte Empfindlichkeit, weil pro Rezeptor-Molekül eine viel höhere Anzahl an Farbstoffmolekülen vorhanden sein kann als bei einer direkten Fluoreszenzmarkierung des Rezeptor-Moleküls.

Aus der Nutzung aller innerhalb des Förster-Radius von F_2 liegenden Farbstoffmoleküle F_1 folgt auch, daß nicht nur die laterale Verteilung von F_1 innerhalb der obersten LB-Schichten von entscheidender Bedeutung ist, sondern auch die Konzentration von F_1 in den darunterliegenden Schichten. Aus diesem Grund beschränkt sich das Meßprinzip auf Schichten bis zu etwa 100 Å wirksamer Schichtdicke, denn darunterliegende Moleküle F_1 können nach Anregung durch Licht ihre Energie nicht mehr in ausreichendem Maße auf den dann zu weit entfernten Farbstoff F_2 übertragen und würden das zu detektierende Signal, nämlich die Lichtemission der Wellenlänge λ_3 des durch Transfer angeregten Farbstoffs F_2 , durch ihre eigene Fluoreszenz mit der Wellenlänge λ_2 überwiegend stören und die Empfindlichkeit des Nachweises unnötig herabsetzen.

Aus diesem Grund eignen sich für die Herstellung dünner Schichten (100 Å oder darunter), die F_1 enthalten, einzig die LB-Schicht-Technologie und die Chemisorption. Nämlich bereits die in der Dünnschichttechnologie verbreitete Methode des Spin-coating bereitet mit minimalen Schichtdicken von 200 bis 500 Å Probleme. Gegenüber dem Aufbringen dünner Schichten durch Chemisorption besitzt die LB-Technik den Vorteil, daß die Schichten in ihrer Zusammensetzung sehr definiert eingestellt werden können, was für die Herstellung reproduzierbarer Oberflächen für Sensoren von entscheidender Bedeutung ist.

Der Donorfärbstoff F_1 und die bereits genannten aktiven Stellen zur Anbindung eines Biomoleküls können sich dabei auch in verschiedenen, übereinander liegenden LB-Schichten befinden. Die Gesamtzahl der für das Sensorprinzip wirksamen LB-Schichten bewegt sich im Zahlenbereich von 1 bis 10.

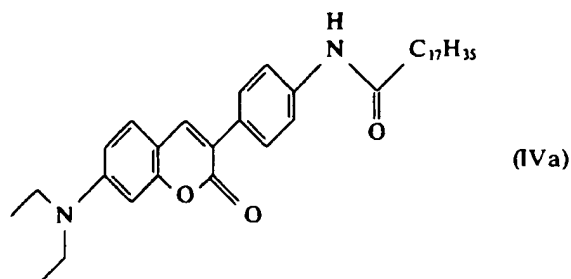
Zum erfindungsgemäßen optischen Biosensor gehören weiterhin mobile, fluoreszierende Moleküle, die die Farbstoffkomponente F_2 enthalten und die an die fest in der LB-Schicht verankerten Rezeptormoleküle reversibel gebunden werden. Lediglich im einfachsten Fall, nämlich der Bestimmung eines selbstfluoreszierenden und damit als F_2 wirkenden Analyten, ist diese Komponente nicht erforderlich, da F_2 und Ligand identisch sind und den Analyten darstellen. Zum einen können die Bindungsstellen der Rezeptoren auf der LB-Schicht durch fluoreszenzmarkierte Derivate oder Analoga des Analytenmoleküls abgesättigt sein, die dann im Kontakt mit der Probenlösung vom Analyten kompetitiv verdrängt werden können. Zum anderen ist jedoch auch ein Sandwich-Immunoassay möglich, bei dem eine zweite Art von Rezeptoren, beispielsweise Antikörpern, entweder an den Komplex zwischen erstem Rezeptor und dem Analyten oder an einen Molekülbereich des Analyten,

die an der Bindung zum ersten Rezeptor nicht beteiligt ist, binden. Diese Methoden der Festphasen-Immunoassays sind prinzipiell Stand der Technik und beispielsweise in der Monographie P. Tijssen, Practice and Theory of Enzyme Immunoassays (R.H. Burdon, Ph.H. van Knippenberg, Herausgeber) Elsevier, Amsterdam 1985, dargestellt.

Beispiel 1

Herstellung eines amphiphilen Fluoreszenzfarbstoffs

Zu 1,53 g (5 mmol) 7-Diethylamino-3-(p-aminophenyl)cumarin und 0,61 g (5 mmol) Triethylamin in 10 ml trockenem Chloroform wurden unter Eisbadkühlung 1,51 g (5 mmol) Octadecylsäurechlorid in 5 ml trockenem Chloroform getropft. Man ließ eine Stunde bei 0–5°C und 5 Stunden bei Raumtemperatur nachrühren. Der Ansatz wurde zunächst mit verdünnter Natronlauge, zuletzt mit Wasser gewaschen. Das Rohprodukt wurde zweimal aus Chloroform mit Petrolether 60/70°C gefällt.



Es wurden 64% der theoretischen Ausbeute des Produktes der obigen Formel mit einem Schmelzpunkt von 159°C erhalten.

$^1\text{H-NMR}$ (CDCl_3 , int. TMS): δ = 7,66–6,52 (Multiplett, aromatische Protonen); 3,42 ($-\text{CH}_2\text{CH}_3$), 1,22 ($-\text{CH}_2\text{CH}_3$).

In analoger Weise wurden auch die weiter vorn aufgeführten Verbindungen IVb bis IVi hergestellt. Einige spektroskopische Daten sind in Tab. 1 zusammengestellt.

Tabelle 1

Spektroskopische Daten amphiphiler Farbstoffe

Formel	Spektroskopische Daten in CH_2Cl_2		
	Exc.-max λ (nm)	Em.-max λ (nm)	Δ Stokes (nm)
IVa	406	476	70
IVe	528	549	21
IVf	475	511	36
IVg	531	585	54
IVh	460	495	35
IVi	368	452	84

Beispiel 2

Herstellung eines polymerisierbaren Fluoreszenzfarbstoffs

Zu 1,53 g (5 mmol) 7-Diethylamino-3-(p-aminophenyl)cumarin und 0,61 g (5 mmol) Triethylamin in 10 ml trockenem Chloroform wurden unter Eisbadkühlung 0,52 g (5 mmol) Methacrylsäurechlorid in 5 ml trockenem Chloroform getropft. Man ließ eine Stunde bei 0–5°C und 5 Stunden bei Raumtemperatur nachrühren. Der Ansatz wurde zunächst mit Natronlauge, zuletzt mit Wasser bis zur Salzfreiheit gewaschen und zur Trockne eingengt.

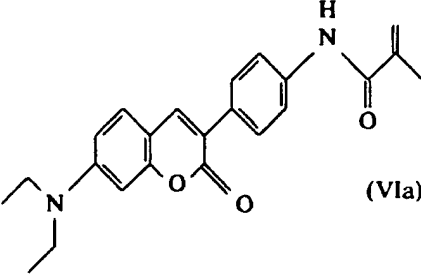
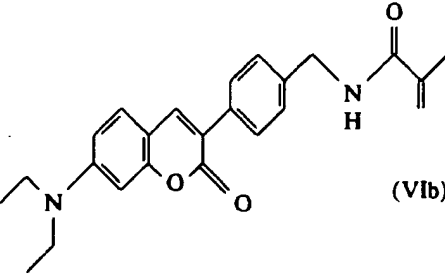
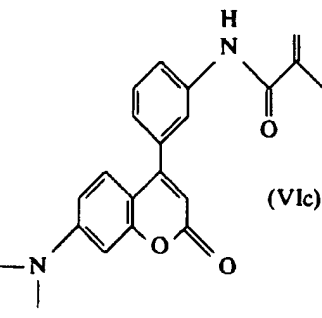
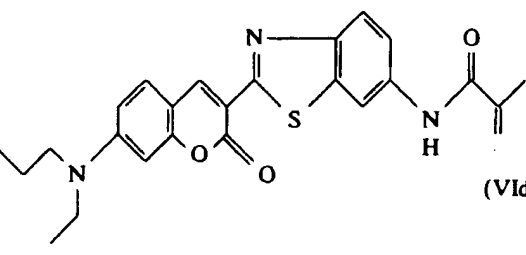
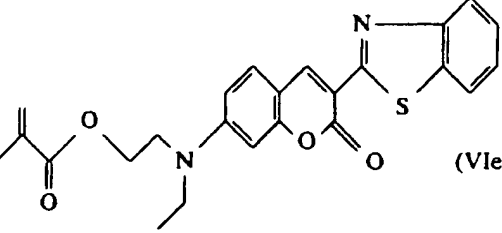
Ausbeute: 1,6 g entsprechend einer theoretischen Ausbeute von 86% des Produktes der weiter unten (Tabelle 2) aufgeführten Formel VIa mit einem Schmelzpunkt von 193–195°C.

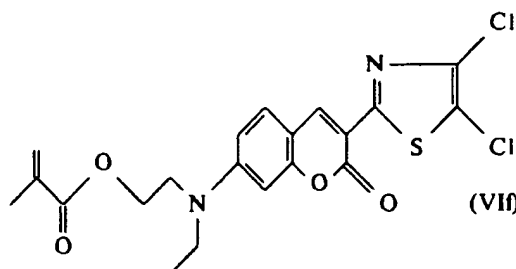
$^1\text{H-NMR}$ (CDCl_3 , int. TMS): δ = 9,43 (NH), 7,77–6,49 (Multiplett, arom. Protonen); 5,86 und 5,47 ($\text{H}_2\text{C}=\text{}$); 3,44 ($-\text{CH}_2\text{CH}_3$); 2,04 ($=\text{C}-\text{CH}_3$); 1,22 ($-\text{CH}_2\text{CH}_3$).

In analoger Weise wurden auch die ebenfalls in Tabelle 2 aufgeführten Verbindungen VIb bis VIi hergestellt. Einige spektroskopische Daten sind in Tabelle 2 zusammengestellt.

Tabelle 2

Spektroskopische Daten polymerisierbarer Fluoreszenzfarbstoffe

Formel	Spektroskopische Daten in CH ₂ Cl ₂		
	Exc. _{max} λ (nm)	Em. _{max} λ (nm)	Δ Stokes (nm)
 (VIa)	395	475	80
 (VIb)	401	475	74
 (VIc)	382	491	110
 (VIId)	456	507	51
 (VIe)	528	546	17

Formel	Spektroskopische Daten in CH ₂ Cl ₂			5
	Exc _{max}	Em _{max}	Δ Stokes	
	λ (nm)	λ (nm)	(nm)	
 (VI f)	450	496	46	10 15

Beispiel 3

Herstellung eines Fluoreszenzfarbstoff enthaltenden Polymeren

6,77 g (20 mmol) Octadecylmethacrylat, 4,00 g (20 mmol) (2,2-Dimethyl-1,3-dioxolan-4-yl)-methylenmethacrylat und 1,51 g (4 mmol) des Farbstoffmonomeren des Beispiels 2 wurden in 90 ml absolutem Dioxan gelöst und nach Zugabe von 1,44 g (0,2 Mol-%) Azo-bis(isobutyronitril) unter Rühren auf 65–70°C erwärmt und 16 Stunden lang bei dieser Temperatur gehalten. Nach Abkühlen wurde aus der Reaktionslösung das Polymer durch Eintragen in Wasser ausgefällt. Das Polymer wurde durch zweimaliges Lösen in Chloroform und Fällen in Methanol gereinigt.

Es wurden 3,93 g eines gelbgrünen Polymers erhalten, das durch Gelpermeationschromatographie in CH₂Cl₂ charakterisiert wurde. Gleichzeitige Detektion von Brechungsindex und UV-Spektroskopie lieferte identische Molekulargewichtsverteilungskurven, so daß ein gleichmäßiger Einbau des Fluoreszenzfarbstoffs in das Polymer gewährleistet war. Gegenüber einer Polystyrol-Eichung ergaben sich rechnerisch Molmassenwerte $M_n = 64\,000$ und $M_w = 1\,290\,000$ entsprechend einer Uneinheitlichkeit von 18,1.

Nach dieser allgemeinen präparativen Vorschrift wurden alle Methacrylat-Copolymere hergestellt.

Beispiel 4

Herstellung eines Schichtelements mit Fluoreszenzfarbstoff

a) Polymerer Farbstoff Ein durch Behandlung mit H₂O₂/H₂SO₄ gereinigter Objektträger aus Floatglas wurde bis zu einer Tiefe von 30 mm in die wäßrige Subphase einer Langmuir-Filmwaage (KSV 2200) bei 20°C eingetaucht. 150 µl einer Lösung der Verbindung der Formel (IIa) in Chloroform (1 mg/ml) wurden auf die Wasseroberfläche aufgespreitet. Nach dem Zusammenschieben der Schicht auf einen Oberflächendruck von 25 mN/m wurden durch sukzessives Aus- und Eintauchen (Tauchgeschwindigkeit: 10 mm/min) des Objektträgers drei monomolekulare Lagen Polymer übertragen. Die letzte Schicht wurde dabei beim Austauschen übertragen. Der Träger wurde anschließend an der Luft getrocknet. Eine Seite des Trägers wurde durch Reinigung mit Chloroform von der Farbstoffschicht befreit.

b) Polymer mit dispergiertem monomeren Farbstoff Anstelle der Lösung des farbstoffhaltigen Polymers der Formel (IIa) wurde eine Mischung des Polymers der Formel (V), 1 mg/ml, und des monomeren amphiphilen Farbstoffs der Formel (IIIb) mit X=Y=O, n=18, R⁷=H, R⁸=R⁹=C₁₈H₃₇, 1 mg/ml, im Verhältnis 19:1 verwendet.

c) Polymer mit dispergiertem Farbstoff, der 8scheibe-Aggregate bildet. Aufgezogen wurde eine Mischung des Polymers der Formel (V), 1 mg/ml, und des Farbstoffs der Formel (IIIb) mit X=Se, Y=S, R⁸=R⁹=C₁₈H₃₇, R²=CH₃, 1 mg/ml, im Gewichtsverhältnis von 1:1.

Beispiel 5a

Adsorption von Fluoreszenzfarbstoffen an ein Schichtelement und Beobachtung von Fluoreszenz-Energietransfer

Ein nach Beispiel 4 hergestelltes Schichtelement wurde in eine Lösung von 10⁻⁷ mol/l Fluorescein in Phosphatpuffer, pH 7,0, 5 min lang getaucht. Vor und nach dem Versuch wurde ein Fluoreszenzspektrum aufgenommen. Das Emissionsspektrum verschob sich zum Maximum von Fluorescein hin.

Beispiel 5b

Herstellung eines Schichtelements mit Fluoreszenzfarbstoff

Ein durch Ultraschallbehandlung in einer wäßrigen Detergenzlösung gereinigter und anschließend durch

Ultraschallbehandlung mit reinem Wasser und weiterer Ultraschallbehandlung (5 min.) in ca. 5×10^{-2} n NaOH sowie durch Abspritzen mit reinem Wasser unter einem Druck von 5 atm gespült und danach getrockneter Glasträger wurde im Exsikkator durch Einwirkung von Hexamethyldisilazan hydrophobiert (30 min. bei 60° C im Wasserstrahlpumpenvakuum). Der Glasträger wird nach dieser Behandlung kurz in Wasser getaucht und seine Oberfläche nach dem Herausnehmen aus dem Wasser sorgfältig abgesaugt. Auf diesen Träger wurden nach der LB-Technik durch Ein- und Austauschen des Trägers zwei Schichten von Cadmiumarachidat übertragen.

Die darauf folgende Schicht des Fluoreszenzfarbstoffs (VII)=(IIIa) mit $X=Y=0$, $R^7=H$, $R^8=R^9=C_{18}H_{37}$ wurde in unterschiedlicher Organisation, i) als Monomere des Farbstoffs und ii) als Scheibe-Aggregate (I-Aggregate) des Farbstoffs präpariert und übertragen.

i) Monomere des Farbstoffs (VII)

Ein monomolekularer Film auf Wasser wurde durch Spreiten einer Lösung erzeugt, die (VII), Methylarachidat, Arachinsäure und Hexadekan im molaren Verhältnis 1 : 2 : 18 : 20 in Chloroform enthält.

ii) Scheibe-Aggregate des Farbstoffs (VII)

Ein monomolekularer Film auf Wasser wurde durch Spreiten einer Lösung von (VII) und Hexadekan im molaren Verhältnis 1 : 1 in Chloroform erzeugt.

Der folgende Aufbau des Schichtelements ist für Monomere und Scheibe-Aggregate identisch. Nach Kompression des Films auf einen Schub von 20 mN/m und Lagerung von 10 min. bei konstantem Schub wurde der Film durch nahezu horizontales Kontaktieren des Trägers mit dem Monofilm auf den Träger übertragen. Der Träger wurde dann vollständig in das Wasser eingetaucht, der restliche Film des Farbstoffs wurde entfernt, und ein Monofilm von Stearinsäure durch Spreiten einer 10^{-3} m Lösung in Chloroform und Kompression auf 20 mN/m gebildet. Der Träger wurde dann durch senkrechtes Austauschen mit einer Schicht von Stearinsäure bedeckt. Abschließend wurde der Träger mit einer gemischten Schicht von Dioktadecyl-dimethyl-ammoniumbromid und Methylstearat im Molverhältnis 1 : 1 durch nahezu horizontales Kontaktieren und vollständiges Eintauchen des Trägers beschichtet und unter Wasser mit einem Küvettenkörper in einer dem Fachmann bekannten Weise (siehe P. Fromherz, Biochim. Biophys. Acta. 323 (1973) 326 – 334) zu einer Fluoreszenzküvette zusammengebaut.

Beispiel 5c

Ein nach Beispiel 5b hergestelltes Schichtelement wurde durch Austausch des wäßrigen Mediums ohne Belüftung der Oberfläche des Schichtelements in Kontakt mit einer wäßrigen Lösung des Analyten (VIII) (Formel siehe unten) in einem 10^{-4} m Phosphatpuffer, pH = 7,0, gebracht. Infolge Bindung des an die Oberfläche des Schichtelements wird die Fluoreszenzintensität von (VII) im Fall der Scheibe-Aggregate in Abhängigkeit von der Konzentration des Analyten in der angrenzenden Lösung und der Zeit nach Herstellen des Kontakts erniedrigt. Im Fall einer 10^{-7} m Lösung von (VIII) beträgt die Intensität der Emission bei 404 nm und Anregung bei 366 nm nach 90 min. 33% der Intensität in Abwesenheit von (VIII), im Fall einer 10^{-10} m Lösung 85%.

Erwartungsgemäß wird eine deutliche Abstandsabhängigkeit dieses Löscheffekts beobachtet, wenn durch Einbau einer Doppelschicht von Cadmiumstearat zwischen der Stearinsäureschicht, die sich im Kontakt mit der Farbstoffschicht von der Oberfläche des Schichtelements vergrößert wird. Die Intensität der Emission des Scheibe-Aggregates bei 404 nm beträgt für eine 10^{-7} m Lösung von (VIII) dann 90% der bei Abwesenheit von (VIII) beobachteten Intensität.

Die Bindung des Analyten (VIII) an die Oberfläche des Schichtelements läßt sich auch durch Messung der Fluoreszenz von (VIII) bei 510 nm nachweisen. Eine direkte Anregung (Emission des Analyten) ist bei 470 nm möglich, während die Anregung von (VII) und nachfolgende Energieübertragung zu einer maximalen Emission des Analyten führt, falls sie bei 366 nm (Monomere) bzw. 402 nm (Scheibe-Aggregate) erfolgt. Das Verhältnis der Fluoreszenzintensitäten bei 510 nm nach indirekter Anregung und Energietransfer (I_{VII}) und bei direkter Anregung des gebundenen Analyten (I_A) ist der Verstärkungsfaktor und kann aus dem Anregungsspektrum der Emission bei 510 nm bestimmt werden. Man findet für

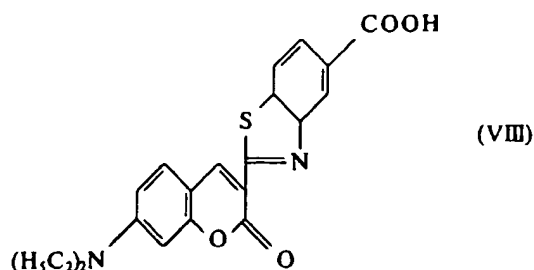
a) Monomere:

$$I_{VII}/I_A = 3 \text{ für } 10^{-7} \text{ m Lösung von (VIII)}$$

$$I_{VII}/I_A = 35 \text{ für } 10^{-8} \text{ m Lösung von (VIII)}$$

b) Scheibe-Aggregate:

$$I_{VII}/I_A = 380 \text{ für } 10^{-8} \text{ m Lösung von (VIII)}$$



Beispiel 6

Adsorption von fluoreszenzmarkiertem Protein an ein Schichtelement und Beobachtung von Fluoreszenz-Energietransfer

Ein nach Beispiel 4 hergestelltes Schichtelement wurde mit 50 μ l einer Lösung von mit Tetramethylrhodamin-isothiocyanat (TRITC) markiertem Lectin Concanavalin A (1 mg/ml) betropft und ein zweiter, unbehandelter Objektträger gleicher Größe derart angepreßt, daß sich die Flüssigkeit gleichmäßig und ohne Luftblasen auf der Langmuir-Blodgett(LB)-Schicht verteilt. Nach einer Stunde Einwirkungszeit wurden beide Träger getrennt und der beschichtete dreimal mit wäßrigem Phosphatpuffer, 10 mmol/l, pH 6,8, gewaschen. Anschließend wurde ein Fluoreszenzspektrum gemessen und mit dem eines nicht mit Protein behandelten Schichtelements verglichen. Man erkannte eine zusätzliche Bande der TRITC-Emission. Wurden über die farbstoffhaltige LB-Schicht zwei bis sechs Farbstoff-freie Lagen aufgebracht, so sinkt die Intensität dieser Bande in Abhängigkeit von der Schichtdicke bis auf Null.

Beispiel 7 (zum Vergleich)

Herstellung von Schichtelementen mit alternativen Techniken

a) Anstrich-Technik

50 μ l einer Lösung des Polymers (IIa), 1 mg/ml, in Chloroform wurden auf einen Objektträger gebracht. Mit Hilfe eines zweiten Objektträgers wurde die Farbstofflösung möglichst gleichmäßig auf dem ersten ausgestrichen. An diese Farbstofflage wurden dann, wie in Beispiel 6 beschrieben, 50 μ l TRITC-ConA adsorbiert und die Fluoreszenz gemessen. Neben der sehr intensiven Bande von (IIa) ist die Fluoreszenz des TRITC nicht eindeutig nachzuweisen.

b) Lackschleuder-Technik (Spin-Coating)

0,0193 bis 0,244 mg des Polymers (IIa) wurden in 0,25 bis 1,5 ml Chloroform oder Dimethylformamid gelöst und mit Hilfe eines Spin-Coaters auf einen gereinigten Glaträger von 10 cm Durchmesser aufgegeben. Fluoreszenzmessungen der erhaltenen Glasplättchen zeigten eine sehr heterogene Verteilung der Farbstoffdichte, so daß keine Energietransfer-Messungen gemacht werden konnten.

Beispiel 8

Messung der Grenzempfindlichkeit des Förster-Energietransfersystems

Ein nach Beispiel 4 hergestelltes Schichtelement (Donorfarbstoff) wurde zusätzlich zunächst mit zwei Lagen des Polymers (V), dann mit einer Lage des Polymers (V), dem eine definierte Menge eines amphiphilen Akzeptorfarbstoffes zugemischt ist, belegt. An diesem Schichtelement wurde die Fluoreszenz gemessen. Durch Variation der Akzeptorfarbstoffmenge wurde diejenige Grenzkonzentration festgestellt, bei der die Fluoreszenz dieser Substanz gerade noch detektierbar war. Die folgende Tabelle stellt diese Werte für verschiedene Systeme dar:

Donorfarbstoff	Akzeptorfarbstoff	Grenzkonzentration (10^{-15} mol/mm ²)
nach 4a	(C ₁₈ -Rhodamin)	3
nach 4b		0,3
nach 4c		0,3
nach 4c	(C ₁₈ -Aminofluorescein)	3

Patentansprüche

1. Optischer Biosensor auf der Basis des Fluoreszenz-Energietransfers, bestehend aus
 - a) einem festen Träger,
 - b) einer auf a) angebrachten ein- oder mehrlagigen Langmuir-Blodgett(LB)-Schicht,

c) mindestens einem Fluoreszenzfarbstoff F_1 , der in mindestens einer der oberen 4 Lagen der LB-Schicht angeordnet ist,

d) einem zur spezifischen Wechselwirkung befähigten Molekül (Rezeptor), das in oder an der obersten Lage der LB-Schicht gebunden oder angeordnet ist, und

e) einem mobilen Fluoreszenzfarbstoff F_2 , dessen Anregungsbande für einen Energietransfer ausreichend mit der Emissionsbande von F_1 überlappt und der

e1) kovalent an einen Liganden gebunden ist, der an den Rezeptor bindungsfähig ist oder der

e2) kovalent an einen anderen Rezeptor gebunden ist, der an den Komplex aus erstem Rezeptor und Ligand bindungsfähig ist,

wobei der Ligand bzw. der Ligand und der zweite Rezeptor zunächst nicht an die LB-Schicht gebunden sind.

2. Biosensor nach Anspruch 1, dadurch gekennzeichnet, daß der verwendete feste Träger aus Glas, Quarzglas, Li-niobat, Zinkselenid, Porzellan, Halbleitermaterialien, wie Germanium, GaAs oder Silizium, einem Metall, einem Kunststoff oder einem metallisierten Kunststoff besteht, wobei der feste Träger oberflächenmodifiziert sein kann.

3. Biosensor nach Anspruch 1, dadurch gekennzeichnet, daß die Matrix der LB-Schicht ein Polymer ist.

4. Biosensor nach Anspruch 1, dadurch gekennzeichnet, daß F_1 kovalent an die Matrix gebunden ist.

5. Biosensor nach Anspruch 1, dadurch gekennzeichnet, daß der Farbstoff F_1 mit einer amphiphilen Matrix kogespreitet ist, bevorzugt daß ein Scheibe-Aggregate (J-Aggregate) bildender Farbstoff F_1 kogespreitet ist.

6. Biosensor nach Anspruch 1, dadurch gekennzeichnet, daß der Farbstoff F_1 in mindestens einer der beiden oberen Lagen der LB-Schicht angeordnet ist.

7. Biosensor nach Anspruch 1, dadurch gekennzeichnet, daß das Rezeptormolekül kovalent, bevorzugt über ein Spacermolekül, an die oberste LB-Schicht angebunden ist.

8. Biosensor nach Anspruch 1, dadurch gekennzeichnet, daß das Rezeptormolekül über einen hydrophoben Membrananker an die oberste Schicht angeordnet ist.

9. Biosensor nach Anspruch 1, dadurch gekennzeichnet, daß an die Bindungsstellen der Rezeptormoleküle ein fluoreszenzfarbstoffmarkierter oder selbstfluoreszierender Ligand bindet oder daß ein nicht fluoreszenzmarkierter Analyt kompetitiv einen zunächst an die Bindungsstellen der Rezeptormoleküle gebundenen und fluoreszenzmarkierten Liganden verdrängt.

10. Biosensor nach Anspruch 1, dadurch gekennzeichnet, daß zu der Analytenlösung ein zweites, mit dem Fluoreszenzfarbstoff F_2 markiertes Rezeptormolekül zugesetzt wird, das entweder spezifisch an den Komplex aus Rezeptor und Analyt oder an einen anderen Molekülbereich des Analyten als der Rezeptor in der Art eines Sandwich-Assay bindet.